Universidad Nacional de Río Cuarto
Facultad de Ciencias Exactas, Físico-Químicas y Naturales

FORMULARIO PARA LA PRESENTACIÓN DE PROGRAMAS DE ASIGNATURAS en el CONTEXTO DE PANDEMIA por Covid-19[1]

Año Lectivo: 2020

UNIVERSIDAD NACIONAL DE RÍO CUARTO

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICO-QUÍMICAS Y NATURALES

DEPARTAMENTO DE Microbiología e Inmunología.

CARRERA/S: TECNICO DE LABORATORIO

PLAN DE ESTUDIOS: 1993 Versión 1

ASIGNATURA: Laboratorio III **CÓDIGO: 2154**

MODALIDAD DE CURSADO: Presencial

DOCENTE RESPONSABLE:

Adriana Mabel Torres, Dra. en Ciencias Biológicas (PT-DSE- CIC-CONICET)

CO-RESPONSABLE:

Cristina Torres, MSc. en Biotecnología. Dra. en Ciencias Biológicas (PAD-DE)

EQUIPO DOCENTE:

Sofía A. Palacios, Dra. en Ciencias Biológicas (JTP-DE- CIC CONICET)

Nicolás Pastor, Dr. en Ciencias Biológicas (AY Primera DS- CIC-CONICET)

Franco Escobar, Dr. en Ciencias Biológicas (AY Primera DS- CIC-CONICET).

Jessica Erazo, Becaria Posdoctoral CONICET

RÉGIMEN DE LA ASIGNATURA: Cuatrimestral

UBICACIÓN EN EL PLAN DE ESTUDIO: Segundo Cuatrimestre, Ciclo Superior VI cuatrimestre

RÉGIMEN DE CORRELATIVIDADES:

Aprobada	*Regular*
Laboratorio I	Laboratorio II
	Microbiología Gral

CARÁCTER DE LA ASIGNATURA: Obligatoria

[1] Res. CS 120/2017 y Res. CD 049/2020

CARGA HORARIA TOTAL: 112 horas

Teóricas:	**…. hs**	**Prácticas:**	**…. hs**	**Teóricas - Prácticas:**	**72 hs**	**Laboratorio:**	**40 hs**

CARGA HORARIA SEMANAL: 7 horas (según el plan de estudio vigente)

Teóricas:	**…. hs**	**Prácticas:**	**…. hs**	**Teóricas - Prácticas:**	**7 hs**	**Laboratorio:**	**8 hs**

A. CONTEXTUALIZACIÓN DE LA ASIGNATURA

La asignatura Laboratorio III comprende clases teórico-prácticas, en las que fundamentalmente se pretende transmitir los conocimientos de manera integrada de forma interactiva con los alumnos, como así también aplicar los conocimientos adquiridos en asignaturas anteriores y en la presente para lograr el mejor desempeño del profesional en el laboratorio. El objetivo de esta asignatura consiste en explicar los conceptos básicos necesarios para realizar la selección, recolección, transporte y procesamiento de muestras clínicas y de alimentos para el análisis microbiológico. Además se complementa con el empleo de métodos de siembra, esterilización, de diagnóstico rápido y de serodiagnóstico que se utilizan actualmente en laboratorios o centros de referencia. Se pretende brindarles las herramientas necesarias para poder desempeñarse de manera satisfactoria en laboratorios de análisis bacteriológico, micológico, virológico empleando técnicas microbiológicas, inmunológicas y moleculares.

B. OBJETIVOS PROPUESTOS

Objetivo General

- Esta asignatura pretende dar una formación básica y actualizada sobre las herramientas metodológicas para el desempeño del técnico en un laboratorio de Microbiología clínica y alimentaria.

Objetivos Parciales

- Brindar las bases teóricas de los métodos y técnicas utilizadas en el laboratorio microbiológico con el fin que el estudiante pueda contribuir a utilizar y aplicar las técnicas de diagnóstico en el laboratorio de Microbiología, de tal forma que se garantice la máxima fiabilidad, idoneidad y calidad de las mismas en virtud de su formación profesional.

- Ejercitar la habilidad y la destreza manual conjuntamente con la comprensión de los procedimientos metodológicos empleados.

C. EJES TEMÁTICOS ESTRUCTURANTES DE LA ASIGNATURA Y ESPECIFICACIÓN DE CONTENIDOS

C.1. Contenidos mínimos (según plan de estudio vigente)

Medios de cultivo, soluciones y reactivos empleados en el diagnostico bacteriológico, micológico. Métodos y técnicas empleados en el diagnostico microbiológico. Métodos para la conservación de cepas bacterianas. Materiales y reactivos empleados en el inmunodiagnóstico. Métodos y técnicas empleados en el inmunodiagnóstico. Métodos y técnicas para la valoración de la inmunidad mediada por células (IMC). Métodos y técnicas empleados en ensayos virológicos. Cultivos celulares. Detección viral.

C.2. Ejes temáticos o unidades

- **UNIDAD I:** Importancia del diagnóstico de las infecciones de etiología bacteriana, fúngica y viral.
- **UNIDAD II.** Métodos y Técnicas empleados en ensayos de detección, diagnóstico y estudios virológicos. Cultivos celulares.
- **UNIDAD III.** Detección Viral**:** Metodologías empleadas en el diagnóstico virológico para detección de replicación viral en cultivos celulares. Cultivos Celulares.
- **UNIDAD IV:** Medios de cultivo, soluciones y reactivos empleados en el diagnóstico bacteriológico y micológico.
- **UNIDAD V:** Métodos y técnicas empleados en el diagnostico bacteriológico y micológico.
- **UNIDAD VI**. Métodos para la conservación de cepas bacterianas y Fúngicas
- **UNIDAD VII:** Materiales y reactivos empleados en el inmunodiagnóstico.
- **UNIDAD VIII:** Métodos y técnicas empleados en el inmunodiagnóstico.Métodos para diagnosticar una enfermedad infecciosa. Indicadores empleados en el Inmunodiagnóstico.
- **UNIDAD IX.** Detección de metabolitos secundarios de cepas fúngicas**.**
- **UNIDAD X:** Diagnóstico Molecular en Microbiología

D. ACTIVIDADES A DESARROLLAR

D.1. Actividades en modalidad virtual (modalidades alternativas a la presencialidad).

CLASES TEÓRICAS:

Introducción de la asignatura con sus contenidos y cronograma de actividades. Presentación de las Competencias y funciones profesionales de los Técnicos en un laboratorio de análisis microbiológico. Responsabilidades del Técnico en un equipo de trabajo en diferentes laboratorios.

UNIDAD I: Importancia del diagnóstico de las infecciones de etiología bacteriana, fúngica y viral. Generalidades del diagnóstico microbiológico y serológico. Detección directa de antígenos microbianos en muestras biológicas. Métodos moleculares. Métodos para el cultivo y aislamiento de bacterias, hongos y virus. Técnicas serológicas. Medidas de bioseguridad en el laboratorio de Bacteriología, Micología y Virología Médica. Tratamiento y eliminación de los materiales infectados. Organización del laboratorio y control de calidad.

UNIDAD II. METODOS Y TECNICAS EMPLEADOS EN ENSAYOS VIROLÓGICOS
Preparación de materiales para uso virológico. Desinfección de materiales contaminados. Criterios a considerar en la preparación de soluciones y reactivos. Métodos de esterilización, mecanismos de acción. Control de calidad de la esterilización.

UNIDAD III. DETECCIÓN VIRAL.
Metodologías empleadas en el diagnóstico virológico para detección de replicación viral en cultivos celulares. Cultivos Celulares. Tipos de cultivos celulares empleados en el diagnóstico virológico. Mantenimiento de los cultivos celulares. Técnicas de dispersión celular. Recuento de células viables. Metodología para congelación de células. Infección viral de una monocapa celular. Conservación de cepas virales. Técnicas empleadas en microscopía electrónica.

UNIDAD IV: Medios de cultivo, soluciones y reactivos empleados en el diagnóstico bacteriológico y micológico. Formulación y preparación de colorantes y reactivos para la observación microscópica de bacterias y hongos. Formulación, preparación, esterilización y conservación de diferentes medios de cultivo (moderadamente y marcadamente selectivos y diferenciales) y soluciones para el aislamiento e identificación de bacterias y hongos a partir de muestras clínicas y de alimentos.

UNIDAD V: Métodos y técnicas empleados en el diagnostico bacteriológico y micológico.
Recepción e identificación de las muestras. Recolección, transporte y procesamiento de muestras clínicas y de alimentos para su análisis microbiológico.
Métodos ópticos empleados para el diagnóstico. Técnicas microbiológicas convencionales y rápidas empleados en el aislamiento e identificación de bacterias y hongos en muestras clínicas y de alimentos. Métodos de enriquecimientos selectivos y no selectivos para bacterias. Características generales de los hongos patógenos y contaminantes de alimentos. Marcha diagnóstica para distintos tipos de alimentos. Métodos de recuento. Métodos de estudio para determinar la susceptibilidad a antimicrobianos. Informes de laboratorio.

UNIDAD VI. METODOS PARA LA CONSERVACION DE CEPAS BACTERIANAS y FÚNGICAS
Principales métodos de conservación de cepas bacterianas y fúngicas. Métodos de mantenimiento por sub-cultivo, desecación, congelación, en nitrógeno líquido y liofilización. Criterios considerados para la elección de un método adecuado. Colecciones internacionales.

UNIDAD VII: Materiales y reactivos empleados en el inmunodiagnóstico. Conceptos generales del inmunodiagnóstico. Conceptos de antígeno e inmunógeno. Clasificación de las reacciones Ag-Ac in vitro. Concepto de sensibilidad y especificidad. Serodiagnóstico. Consideraciones sobre las pruebas de inmunidad humoral. Principales interferencias en las muestras. Antígenos: Procesamiento de los antígenos para su empleo como reactivo en el serodiagnóstico.

Procesamiento, toma y conservación de las muestras. Problemas técnicos en el procesamiento de las muestras. Materiales y reactivos empleados en el inmunodiagnóstico.

UNIDAD VIII: METODOS Y TECNICAS EMPLEADOS EN EL INMUNODIAGNÓSTICO
Métodos para diagnosticar una enfermedad infecciosa. Indicadores empleados en el Inmunodiagnóstico. Interpretación de las pruebas serológicas. Modos de expresar los resultados de una prueba. Métodos para demostrar la presencia de anticuerpos o antígenos. Fallas en la detección de anticuerpos. Técnicas de marcación isotópica y enzimática. Técnica de marcación mediante el empleo de anticuerpos conjugados con fluoresceína.

UNIDAD IX. DETECCIÓN DE METABOLITOS SECUNDARIOS DE CEPAS FUNGICAS.
Precursores y vías del metabolismo secundario. Producción de penicilinas y micotoxinas. Pruebas de detección de metabolitos secundarios. Métodos de cuantificación .Técnicas biológicas y químicas.

UNIDAD X: DIAGNÓSTICO MOLECULAR EN MICROBIOLOGÍA: Los ácidos nucleicos como elementos de análisis. Extracción de ADN. Técnicas de Hibridación. Métodos de amplificación y su utilización en diagnóstico.

El cursado de las clases teórico-prácticas se realizara de modo virtual utilizando diferentes plataformas virtuales y redes sociales que garanticen la accesibilidad al material de estudio a través de celulares y computadoras como así también la comunicación fluida con los alumnos. Los recursos virtuales utilizados serán el SIAL, Google Meet y whatsapp , para las diferentes instancias de comunicación. La carga horaria será de 6 hs semanales, de las cuales 3 serán dedicadas a la introducción teórica y tres a prácticas
A través de la plataforma SIAL se les proporcionará material en PDF (al igual que se hacía para las clases presenciales) con las presentaciones en PPT para que puedan seguir las clases teóricas, como también bibliografía (teniendo en cuenta que no pueden acceder a la biblioteca) y las guías de trabajos prácticos. A través de la plataforma SIAL también se subirán links a videos de apoyo a los teóricos.

CLASES PRÁCTICAS:

Clase Práctica I: Materiales y técnicas empleados en ensayos virológicos. Procedimientos generales de lavado, preparación y esterilización de materiales para uso virológico. Material nuevo de vidrio o de goma: procesamiento, lavado, preparación y esterilización.

Clase PrácticaII: Detección viral. Cultivos celulares-Metodologías empleadas en el diagnóstico virológico para detección de replicación viral en cultivos celulares. Cultivos Celulares. Tipos de cultivos celulares empleados en el diagnóstico virológico. Mantenimiento de los cultivos celulares. Técnicas de dispersión celular

Clase Práctica III: Medios de cultivo, soluciones y reactivos empleados en el diagnostico bacteriológico y micológico. Formulación y preparación de colorantes y reactivos para la

observación microscópica de bacterias y hongos. Formulación, preparación, esterilización y conservación de diferentes medios de cultivo y soluciones para el aislamiento e identificación de bacterias y hongos en muestras clínicas y de alimentos.
Clase Práctica IV: Materiales y métodos empleados en el aislamiento e identificación de bacterias en muestras de origen clínico. Muestras clínicas. Métodos y técnicas empleados para la observación microscópica, aislamiento e identificación de bacterias a partir de orina. Métodos de estudio para determinar la susceptibilidad a antimicrobianos de las cepas bacterianas. Prueba de sensibilidad por difusión en agar.
Clase Práctica V: Detección de metabolitos secundarios. Análisis para la detección de diferentes micotoxinas por técnicas rápidas y HPLC. Medidas de bioseguridad en un laboratorio de micotoxicología.
Clase Práctica VI: Métodos de conservación de cepas bacterianas y fúngicas. Métodos de mantenimiento por subcultivo, congelación y liofilización.
Clase Práctica VI: Inmunodiagnóstico. Pruebas de interacción secundaria en muestras clínicas humanas y animales y en el análisis de muestras de alimentos Procesamiento, toma y conservación de muestras. Métodos para diagnosticar una enfermedad infecciosa. Reacción Ag-Ac de interacción secundaria. Precipitación y aglutinación. Demostración de la presencia de anticuerpos y/o antígenos. Interpretación de las pruebas serológicas.
Clase Práctica VII: Inmunodiagnóstico. Pruebas de interacción primaria en muestras clínicas humanas y animales y en el análisis de muestras de alimentos. Métodos para identificar la presencia de antígeno y/o anticuerpo por reacciones de interacción primaria. Inmunofluorescencia directa e indirecta. Enzimoinmunoanálisis, quimioluminiscencia. Materiales y reactivos empleados. Interpretación de las pruebas.

Las clases prácticas se abordarán con la misma modalidad de las clases teóricas, se subirá al SIAL el material correspondiente a la guía del TP en PDF (al igual que se hacía para la clases presenciales) y a través de videos didácticos disponibles en Internet, se desarrollará el contenido correspondiente a cada práctico.

CLASES DE TRABAJOS PRÁCTICOS DE LABORATORIO: (nómina, modalidad, metodología, recursos y carga horaria)

OTRAS:

Se incorporarán 2 consignas de trabajo grupal, a modo de evaluación y también como condición para regularizar la materia, para que desarrollen e integren los temas teóricos y prácticos vistos. Esos 2 trabajos los deberán entregar en las fechas correspondientes al primer y segundo parcial (según lo indicado en el cronograma de la asignatura) y tendrán una semana previa para poder elaborarlos.

D.2. Actividades en la presencialidad

En la presencialidad se dictaran una serie de trabajos prácticos de laboratorio que no pueden realizarse de modo virtual y que son imprescindibles para la formación de un Técnico si se tiene en foco que uno de los objetivos principales es el de reafirmar los conocimientos metodológicos, enseñar nuevas técnicas y métodos como así también incentivar la habilidad práctica durante el desarrollo de las clases correspondientes a cada uno de los módulos de la asignatura.

CLASES DE TRABAJOS PRÁCTICOS DE LABORATORIO:

Laboratorio I: Materiales y técnicas empleados en ensayos virológicos. Procedimientos generales de lavado, preparación y esterilización de materiales para uso virológico. Material nuevo de vidrio o de goma: procesamiento, lavado, preparación y esterilización. Tratamiento e inactivación de material contaminado. Preparación y esterilización de soluciones y reactivos para uso virológico: criterios a considerar.

Laboratorio II: Cultivos celulares. Dispersión celular. Recuento de células viables. Obtención y mantenimiento de monocapas celulares. Observación de monocapas celulares al microscopio óptico invertido. Infección viral de un cultivo celular. Visualización del efecto citopático y de la formación de placas de lisis. Detección viral. Cosecha y preparación de la muestra viral para la observación por microscopía electrónica. Elaboración de informe.

Laboratorio III: Materiales y métodos empleados en el aislamiento e identificación de bacterias en muestras de alimentos. Procesamiento de muestras de alimentos. Métodos y técnicas empleados en la observación microscópica, aislamiento e identificación de bacterias en alimentos. Técnicas de recuento.

Laboratorio IV: Materiales y métodos empleados en el aislamiento e identificación de hongos en muestras de alimentos y de origen clínico. Procesamiento de muestras de alimentos. Métodos y técnicas empleados en la observación microscópica, aislamiento e identificación de hongos en alimentos y muestras clínicas. Técnicas de recuento.

Laboratorio V: Diagnóstico molecular en microbiología, uso de cebadores aleatorios y específicos, técnica de PCR para diagnóstico.

Cada laboratorio a realizarse durante la presencialidad será de 8 horas semanales a dictarse en 5 semanas.

OTRAS: Se realizará un seminario de integración entre las actividades realizadas durante la virtualidad y las prácticas de laboratorio, donde se discutirán los resultados de las actividades prácticas.

E. PROGRAMAS Y/O PROYECTOS PEDAGÓGICOS INNOVADORES E INCLUSIVOS

F. CRONOGRAMA TENTATIVO DE CLASES E INSTANCIAS EVALUATIVAS a realizar en la virtualidad y en la presencialidad

INCORPORE AQUÍ EL TEXTO

Que muestre coherencia y consistencia con el logro de los objetivos y las competencias definidas. Las fechas de parciales deberán ser consensuadas con los responsables de las demás asignaturas del cuatrimestre correspondiente, en acuerdo con la Res. C.S. 120/17).

F.1. Cronograma tentativo de clases e instancias evaluativas a realizar en la virtualidad.

Clases Martes: 14:00 a 17:30 hs.

Jueves: 9:00 a 12:30 hs

FECHA	TEÓRICO	PRÁCTICO	PARCIAL / RECUP.
01-09	Introducción a la asignatura-Unidad I	Importancia del diagnóstico de las infecciones de etiología bacteriana, fúngica y viral. Generalidades del diagnóstico microbiológico y serológico. Detección directa de antígenos microbianos en muestras biológicas	
03-09	Unidad II: Métodos y técnicas en Virología	Practica 1. Materiales y técnicas empleados en ensayos virológicos. Procedimientos generales de lavado, preparación y esterilización de materiales para uso virológico. Material nuevo de vidrio o de goma: procesamiento, lavado, preparación y esterilización	
08-09		Practica 1: continua	
10-09	Unidad III Detección Viral	Practica 2: Detección viral. Cultivos celulares-Metodologías empleadas en el diagnóstico virológico para detección de replicación viral en cultivos celulares. Cultivos Celulares. Tipos de cultivos celulares empleados en el diagnóstico virológico. Mantenimiento de los cultivos celulares. Técnicas de dispersión celular	
15-09		Practica 2: continua	
17-09	Unidad IV: Medios y Reactivos	Practica III: Medios de cultivo, soluciones y reactivos empleados en el diagnostico bacteriológico y micológico. Formulación y preparación de colorantes y reactivos para la observación microscópica de bacterias y hongos. Formulación, preparación, esterilización y conservación de diferentes medios de cultivo y soluciones para el aislamiento e identificación de bacterias y hongos en muestras clínicas y de alimentos	
22-09	Unidad IV: métodos y técnicas diagnósticas. Bacterias	Practica III Continua	
24/09	Unidad IV	Practica IV: Materiales y métodos empleados en el aislamiento e identificación de bacterias en muestras de origen clínico. Muestras clínicas. Métodos y técnicas empleados para la observación microscópica, aislamiento e	

		identificación de bacterias a partir de orina. Métodos de estudio para determinar la susceptibilidad a antimicrobianos de las cepas bacterianas	
29/09	Unidad IV	Práctica IV Continua	
08-10			Parcial
01-10	Unidad V: Hongos Hongos generalidades	Practica IV: Estructuras fúngicas en general.	
06-10		Estructuras Fúngicas (Se completaran con Laboratorios en presencialidad)	
13-10	Hongos en alimentos	Detección de hongos en alimentos (se completaran con Laboratorios en presencialidad)	
15-10	Micología clínica	Practico Materiales y métodos empleados en el aislamiento e identificación de hongos en muestras de origen clínico	
20-10		Practico (Micología Clínica)	
22-10	Unidad VIII: Metabolitos secundarios de cepas fúngicas	Práctica V: Detección de metabolitos secundarios. Análisis para la detección de diferentes micotoxinas por técnicas rápidas y HPLC. Medidas de bioseguridad en un laboratorio de micotoxicología.	
27-10		Práctica V: continua	
29-10	Unidad VI Conservación de cepas fúngicas y bacterianas.	Práctica VI: Métodos de conservación de cepas bacterianas y fúngicas. Métodos de mantenimiento por subcultivo, congelación y liofilización.	
03-11	Unidad VII: materiales inmunodiagnóstico	Práctica VI: Inmunodiagnóstico. Pruebas de interacción secundaria en muestras clínicas humanas y animales y en el análisis de muestras de alimentos	
05-11	Inmunodiagnostico	Inmunodiagnóstico. Pruebas de interacción primaria en muestras clínicas humanas y animales y en el análisis de muestras de alimentos.	
10-11	Unidad IX: Diagnóstico Molecular en Microbiología		
12-11			**Parcial**
17-11		Integración y presentación de actividades presenciales	

*Teóricos, teóricos-prácticos, trabajos de laboratorios, seminarios, talleres, coloquios, instancias evaluativas, consultas grupales y/o individuales, otras.

F.2. Cronograma tentativo de clases e instancias evaluativas a realizar en la presencialidad.

Semana	Día/Horas	Actividad: tipo y descripción*
1	Martes: 14 a 17:30 hs. Jueves: 9:00 a 12:30 hs	Trabajo de Laboratorio I
2	idem	Trabajo de Laboratorio II
3	idem	Trabajo de Laboratorio III
4	idem	Trabajo de Laboratorio IV
5	idem	Trabajo de Laboratorio V

*Teóricos, teóricos-prácticos, trabajos de laboratorios, seminarios, talleres, coloquios, instancias evaluativas, consultas grupales y/o individuales, otras.

G. BIBLIOGRAFÍA

G.1. Bibliografía obligatoria y de consulta (por lo menos algún material bibliográfico debe ser de edición 2012 o posterior).

- Allaert - Escola . 2000. Métodos de Análisis Microbiológicos de Alimentos. Edic. Díaz de Santos, S.A.
- Betty A. Forbes, Daniel Sahm , Alice Weissfeld. Bailey & Scott. Diagnóstico Microbiológico. Edición: 12ª, 2009.
- Bernice M. Martín, 1994. *Tissue Culture Techniques: an introduction.* Birkhäuser. Boston. Basel. Berlin.
- Virología Médica. Carballal, G.; Oubiña, J. R. Librería El Ateneo, 2da edición, 1996.
- Fainboim, L.; Geffner J. 2011. Introducción a la Inmunología Humana.6ta edición Editorial Médica Panamericana.
- Floccari, M.E., 1998. *Métodos de conservación de cultivos bacterianos*. Revista Argentina de Microbiología. 30:42-51.
- Lopardo, H. A.2016 Introducción a la microbiología clínica. Editorial de la Universidad de La Plata.
- Mahy, Brian W.J. and Kangro Hillaw O., 1996. *Virology Methods Mannual*. Academic Press Harcourt Brace □□Company, Publishers.
- Ordóñez Smith de Danies, M. 2014 Guías prácticas para los Laboratorios de Bacteriología clínica Editorial Médica Panamericana
- Pitt, J.I. and Hocking, A.D., 1997. *Fungi and Food Spoilage*. London; New York : Blackie Academic & Professional.
- Prats, Guillem. 2006. Microbiología Clínica, Editorial Médica Panamericana.
- Shors T. 2009. Virus. Estudio Molecular con Orientación Clínica. Editorial Médica Panamericana. 1º Edición.
- Sobol, R., Ruscica, M., Fourcade L., 1995. *Manual de Procedimientos para análisis microbiológico de alimentos*. Cuadernos UADE. Univ. Nac. de la Empresa.
- Richmond J Y. & McKinney, R.W. (ed). Bioseguridad en Laboratorios de Microbiología y Biomedicina. CDC-NIH 4ta edición. (Traducción al español)

G.2. Plataformas/herramientas virtuales; materiales audiovisuales, otros.

SIAL, Google meet, YouTube, se brindaran links de materiales audiovisuales a designar.

H. DÍA Y HORARIOS DE CLASES VIRTUALES y PRESENCIALES

Clases Virtuales y presenciales: Martes 14 a 17:30, Jueves 9:00 a 12:30 hs.

I. DÍA Y HORARIO DE CLASES DE CONSULTAS VIRTUALES y PRESENCIALES

Lunes 10:00 a 12:00

J. REQUISITOS PARA OBTENER LA REGULARIDAD Y LA PROMOCIÓN

CONDICIONES DE REGULARIDAD: Los alumnos deben cumplimentar con el 80% de asistencia y aprobación de los Teórico-Prácticos y aprobar con una calificación mínima de cinco puntos las dos instancias evaluativas parciales. Tendrán opción a recuperar ambos parciales para mantener la condición de regular.

CONDICIONES DE PROMOCIÓN: La asignatura no tiene sistema de promoción.

K. CARACTERÍSTICAS, MODALIDAD Y CRITERIOS DE LAS INSTANCIAS EVALUATIVAS

Los estudiantes serán evaluados por el desempeño, participación individual en las discusiones y trabajos prácticos.

Exámenes parciales

Se realizaran dos exámenes parciales que abarcan conceptos teóricos y se realizaran en forma oral a través de la plataforma Google meet.

Evaluación Final: Examen oral de conceptos teóricos y teórico-prácticos. Los alumnos que presenten la condición de libre no podrán rendir el examen final de la asignatura. Este punto se fundamenta en el hecho de que la materia es de carácter netamente práctico, en donde también se plantean situaciones problemáticas con discusiones tendientes a resolverlas, en relación a la rutina profesional. Además es importante tener en cuenta que uno de los objetivos principales es el de reafirmar los conocimientos metodológicos, enseñar nuevas técnicas y métodos como así también incentivar la habilidad práctica durante el desarrollo de las clases correspondientes a cada uno de los módulos de la asignatura. En consecuencia, en el caso de los alumnos libres, los docentes no tendrían la posibilidad de evaluar lo anteriormente descripto.

Dra. Adriana M. Torres

Firma Profesor/a Responsable **Firma Secretario/a Académico/a**